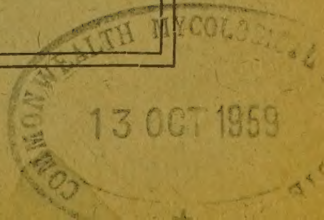
VOLUME 2 1959 N° 1

ANNALES
DE L'
INSTITUT PHYTOPATHOLOGIQUE BENAKI

NOUVELLE SÉRIE



KIPHISSIA-ATHÈNES
GRÈCE



SOMMAIRE

Page

DÉMÉTRIADÈS S. D., D. G. ZACHOS, P. TH. CONSTANTINOU, C. C. PANAGOPOULOS, et C. D. HOLEVAS. — Rapport sommaire sur les principales maladies des plantes cultivées, observées en Grèce au cours de l'année 1958 3

VASSILIOU A. A., N. ADAM et D. DADINAKI - ROUSSOPOULOU — Méthodes de détermination des résidus de l'insecticide Rogor dans l'huile d'olives et les fruits de l'olivier 12

ZACHOS D. G. et S. A. MAKRIS — Recherches sur le *Gloeosporium olivarum* Alm. en Grèce. I. Biologie du champignon 24

INSTITUT PHYTOPATHOLOGIQUE BENAKI

COMITÉ ADMINISTRATIF

MEMBRES TITULAIRES

C. A. BENAKI,	PRÉSIDENT
A. A. PAPADOPOULOS,	TRÉSORIER
P. E. VALLIDIS,	DIRECTEUR DE L'INSTITUT

MEMBRES SUPPLÉANTS

A. J. ROMANOS
Mme A. A. PAPADOPOULOS
S. D. DÉMÉTRIADÈS

PERSONNEL SCIENTIFIQUE

DIRECTION

P. E. VALLIDIS,	DIRECTEUR
S. D. DÉMÉTRIADÈS,	DIRECTEUR ADJOINT

SECTION DE PATHOLOGIE VÉGÉTALE

S. D. DÉMÉTRIADÈS,	CHEF DE SECTION ET CHEF DU LABORATOIRE DES MALADIES NON PARASITAIRES
D. G. ZACHOS,	SOUS-CHEF DE SECTION ET CHEF DES LABORATOIRES DE MYCOLOGIE ET DE VIROLOGIE
P. TH. CONSTANTINOU,	ASSISTANT AU LABORATOIRE DE MYCOLOGIE
C. G. PANAGOPOULOS,	PRÉPARATEUR AU LABORATOIRE DE MYCOLOGIE
C. D. HOLEVAS	PRÉPARATEUR AU LABORATOIRE DES MALADIES NON PARASITAIRES

SECTION D'ENTOMOLOGIE ET ZOOLOGIE AGRICOLES

J. N. HADJINICOLAOU,	CHEF DE SECTION
E. D. PÉLÉCASSIS,	SOUS-CHEF DE SECTION ET CHEF DU LABORATOIRE DE BIOLOGIE ET DE LUTTE
P. A. MOURIKIS	CHEF DE TRAVAUX AU LABORATOIRE DE BIOLOGIE ET DE LUTTE
A. C. TRIANTAPHYLLOU,	CHEF DE TRAVAUX AU LABORATOIRE DE ZOOLOGIE AGRICOLE ET NÉMATODES
Mlle H. PAVLOPOULOU,	PRÉPARATRICE AU LABORATOIRE DE L'OLIVIER
Mlle P. ALEXOPOULOU,	PRÉPARATRICE AU LABORATOIRE DE SYSTÉMATIQUE

SECTION DE PHYTOPHARMACIE

P. S. ORPHANIDIS,	CHEF DU LABORATOIRE DE BIOLOGIE
A. VASSILIOU,	CHEF DU LABORATOIRE ANALYTIQUE
Mme DADINAKI-ROUSSOPOULOS,	CHEF DE TRAVAUX AU LABORATOIRE ANALYTIQUE

ANNALES

DE L'

INSTITUT PHYTOPATHOLOGIQUE BENAKI

NOUVELLE SÉRIE

VOLUME 2 1959 N° 1

RAPPORT SOMMAIRE SUR LES PRINCIPALES MALADIES DES PLANTES CULTIVÉES, OBSERVÉES EN GRÈCE AU COURS DE L'ANNÉE 1958

par

S. D. DÉMÉTRIADÈS, D. G. ZACHOS, P. TH. CONSTANTINOU, C. G. PANAGOPOULOS et C. D. HOLEVAS

Les principales maladies qui ont été déterminées à l'Institut Phytopathologique Benaki au cours de l'année 1958, sont les suivantes:

SUR VIGNE

1. La pourriture des racines due au *Rosellinia necatrix* (Hart.) Berl. a été signalée à Gargaliani de Messénie.

2. Les tumeurs provoquées par l'*Erwinia tumefaciens* (Smith et Towns.) Dowson ont été observées sur les sarments et les bras au village Aristodémion en Messénie.

3. On a déterminé la dégénérescence inféctieuse aux alentours des villages Lazarata et Spanochori de l'île de Leucas sur des souches de la variété «Verdzami»; le pourcentage de l'attaque dépassait le 15%. La même maladie a été signalée aussi à Markopoulo près d'Oropos et dans une région de l'île de Samos.

4. Des cas de déperissement dus à un greffage défectueux ont été notés sur des souches de la variété «Razaki» greffées sur des sujets américains, à Néa Kallicratia en Chalcidique.

5. Des dégâts causés par des herbicides phytohormoniques ont été signalés dans la région de l'île d'Eubée, à Marathon de l'île d'Egine et à Arnissa de la région d'Edessa.

6. L'Esca a été observé à Pyrgos de l'île de Samos et dans la région de Pylos.

7. Dans le village Paracalamos de la région de Jannina on a déterminé une carence de magnésium.

SUR OLIVIER

1. On a observé l'asphyxie des racines due à une humidité excessive à Pentéli d'Attique.

2. Le *Verticillium albo-atrum* Reinke et Berth. fut déterminé sur les branches à Bafi d'Attique.

3. A Mazi d'Attique on a signalé des dégâts dus à l'influence de températures basses et à la contamination ultérieure par le *Pseudomonas savastanoi* (E. F. Smith) Stevens.

4. Le *Pseudomonas savastanoi* fut aussi trouvé sur des branches à la région de Corinthe.

5. La même bactérie à provoqué des tâches sur des fruits à Itéa et à Roviès de l'île d'Eubée.

6. A Varybobi d'Attique on a noté de grands dégâts sur de jeunes arbres causés par des températures élevées.

SUR AGRUMES

1. Carence de zinc à Amaroussion d'Attique, à Arta, aux villages Géfyra, Magoula et Sklavochori de la région de Sparte, à la région de Nauplie et aux villages Alykianou, Phourné et Souda dans l'île de Crète.

2. Carence de magnésium dans les régions de Corfou, d'Arta, de la Canée, de Nauplie, de Préveza et de Sparte.

3. Carence de manganèse à Amaroussion d'Attique, à Arta, à Nauplie et aux villages Alykianou, Phourné et Souda de l'île de Crète,

4. Carence de fer aux villages Géfyra, Magoula, Sklavochori de la région de Sparte et à la région de Nauplie.

BIGARADIER

1. Carence de zinc à Xylocastro et à Préveza.

2. Carence de magnésium à Préveza.

3. Attaque du collet par un *Phytophthora sp.* à Xylocastro de Corinthe.

CITRONNIER

1. Attaque du collet d'arbustes par un *Phytophthora sp.* à Xylocastro de Corinthe.

2 Le *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) Massee sur petites branches à Vello de Corinthe.

3. Une chute de fruits à cause d'un manque d'humidité à Ano Diminio de la région de Corinthe.

4. Carence de magnésium à Poros, à Kifissia (en Attique) et dans la région de Corfou.

5. Carence de manganèse à Néa Chalcédon d'Attique.

6. Carence de fer à Kifissia.

7. Un *Ascochyta sp.* sur des feuilles à Poros.

8. On a signalé le *Deuterophoma tracheiphila* Petri à l'île de Lesbos.

MANDARINIER

L'Oleocellosis à Chroussa de l'île de Syros.

ORANGER

1. Le *Pseudomonas syringae* van Hall sur des fruits à Préveza.

2. Un *Septoria sp.* fut observé sur des fruits à Agios Ioannis de Sparte.

3. Un *Phytophthora sp.* sur des fruits à Agios Ioannis de Sparte et à Néa Tiryns en Argolide

4. Le *Colletotrichum gloeosporioïdes* Penz. sur des jeunes branches à Kalamata en Messénie.

5. Des tâches sur des fruits non mûrs dues à l'influence de l'huile de pétrole (huile blanche) et qui disparaissaient au bout d'un certain temps ont été observées dans différentes localités de l'île de Chio.

6. Un *Alternaria sp.* a été observé sur des fruits (de la variété à ombilic) provoquant une sérieuse chute de ceux ci à Pyrgos d'Elide et à Néa Tiryns en Argolide.

7. Carence de magnésium dans les régions de Sparte et de Préveza, à Kostakious d'Arta et à l'île de Corfou (Agios Procopios de Leukime, Rigladès et Benitsès).

8. Carence de zinc dans les régions de Sparte et de Préveza.

9. Carence de manganèse à Rigladès et à Benitsès de l'île de Corfou.

SUR ARBRES FRUITIERS

ABRICOTIER

1. Carence de fer à Vassiliko de la région de Corinthe et à Vouliagméni d'Attique.

2. Carence de magnésium dans la région de Corinthe.

3. Attaque probable par le *Pseudomonas syringae* van Hall sur des fruits à Iria de Nauplie.

4. L'*Erwinia tumefaciens* (Smith & Townsend) Dowson sur des arbustes à Aspropyrgos d'Attique.

AMANDIER

1. L'*Erwinia tumefaciens* (Smith et Townsend) Dowson sur des arbustes à Aspropyrgos d'Attique.

2. Un déperissement de plantules dans les pépinières à cause d'une humidité excessive a été noté à Tropaea de Gortynie.

3. Le *Clasterosporium carpophilum* (Lev.) Aderh. (*Coryneum beijerinckii* Oudem.) à Thouria de la région de Kalamata.

4. Le *Polystigma ochraceum* (Wahl.) Sacc. a été noté sur des feuilles à Arnissa de la région d'Edessa.

5. Le *Puccinia pruni-spinosae* Pers. à Servia de la région de Kozani.

CAROUBIER

Le *Diplosclerophoma* (*Diplodina*) *ceratoniae* Sarejanni a été observé sur des fruits dans la région de l'île de Samos.

CERISIER

1. Le *Gnomonia erythrostoma* (Pers. ex Fr.) Auersw. a été observé sur des feuilles au village Phytia du département d'Imathie.

2. L'*Erwinia tumefaciens* (Smith & Townsend) Dowson dans la région d'Athènes.

FIGUIER

Le virus de la mosaïque du Figuier au Phalère (d'Attique).

NÉFLIER

Le *Fusicladium eriobotryae* (Cav.) Sacc. a été signalé sur les feuilles et les fruits dans les régions d'Athènes, de Kifissia, et à Plomari dans l'île de Lesbos.

NOISETTIER

Le *Thielaviopsis basicola* (Berk. & Br.) Ferr. fut trouvé sur des arbustes à Drama.

PÊCHER

1. Le *Taphrina deformans* (Berk.) Tul. à Kifissia et à Plomari de l'île de Lesbos.

2. Carence de fer à Copaïs.

3. L'Oïdium *Sphaerotheca pannosa* (Wallr.) Lév. à Arnissa de la région d'Edessa.

POIRIER

1. Le *Pseudomonas syringae* van Hall a été trouvé sur des branches à Hégoumenitsa en Épire et à Chéronée de la région de Levadia.

2. L'*Entomosporium maculatum* Lév. sur des feuilles à Servia de Kozani.

3. Carence de potassium et de magnésium à Copaïs.

POMMIER

1. Le *Sclerotinia fructigena* Aderh. et Ruhl. a provoqué des dégâts aux jeunes branches et aux fruits à Drossopighi de la région de Janinna.

2. Attaque du collet par le *Phytophthora cactorum* (Lebert. et Cohn) Schroet. dans la région de Thessalonique.

3. Le *Sphaeropsis malorum* Peck. a été observé sur des fruits à Naoussa (Macédoine occidentale).

4. Carence de fer et de magnésium dans la région de Corinthe.

5. Le «Jonathan spot» a été observé sur des fruits conservés aux frigorifiques à Kavalla.

SUR PLANTES INDUSTRIÈLLES

ARACHIDE

Le *Macrophomina phaseoli* (Maubl.) Ashby a provoqué des dégâts à Gortyna de l'île de Crète.

BETTERAVE SUCRIÈRE

Une attaque des feuilles par le *Phoma betae* (Oudem.) Frank. à Copaïs.

COTONNIER

1. Des dégâts causés par les herbicides phytohormoniques ont été signalés à Amourion de Lamia et à Agios Ioannis de la région de Jannitsa.

2. Le *Rhizoctonia solani* Kühn a provoqué des dégâts sérieux sur des plantules à Skala de Laconie.

3. Un amincissement des racines dû à des troubles physiologiques a été observé à Copaïs, à Souli de Marathon et à Vaïa de la région de Thèbes.

4. Le *Xanthomonas malvacearum* (E.F. Smith) Dowson a été noté sur des plantules sous la forme de «Black arm», dans la région de Copaïs.

5. Le *Rhizopus nigricans* Ehr. a été trouvé sur des graines à Jannina.

6. Le *Nigrospora sp.* a été trouvé sur les fibres à l'île de Lemnos.

7. Attaque des capsules observée à Copaïs, due aux champignons *Alternaria sp.* et *Nigrospora sp.*

8. Un *Fusarium sp.* sur des capsules à Marathon d'Attique.

HOUBLON

1. Différentes viroses ont été signalées à Drosopighi d'Arta et à Vytina en Arcadie.

2. Attaque des racines par un *Phytophthora* a été observée à Drosopighi d'Arta.

3. Le *Cladosporium sp.* sur des fleurs à Drosopighi d'Arta.

SUR PLANTES POTAGÈRES

CHOU

Le *Peronospora parasitica* (Pers.) ex Fr. signalé à Xynias de la région de Domokos.

CONCOMBRES

1. Infection du collet par un *Phytophthora* à Chalandri d'Attique.

2. Le *Rhizoctonia solani* Kühn observé dans la région de Corinthe.

GOMBO

Le *Verticillium albo-atrum* Reinke et Berth. a été signalé dans la région d'Attique.

LAITUE

1. Le *Bremia lactucae* Regel à Kifissia.

2. Une virose a été observée à Paradissos près de Maroussi en Attique.

MELON

1. L'Oïdium (*Oidium sp.*) sur des plantes à Corinthe.

2. Une attaque du collet due à un phycomycète fut notée dans la même région.

OIGNONS

Le *Peronospora destructor* (Berk.) Casp. à Verria.

PIMENT

1. Pourriture du sommet (Blossom end-rot) notée sur des fruits à Iria de Nauplie.

2. Le *Verticillium albo-atrum* Reinke et Berth. à Chalandri d'Attique.

3. Des coups de soleil sur des fruits à l'île de Poros (Trezène)

POMME DE TERRE

1. Les champignons *Rhizoctonia solani* Kühn, *Spongospora subterranea* (Wallr.) Johns et *Spondylocladium atrovirens* Harz. ont été trouvés sur des semences de pomme de terre des variétés Up-to-Date et Sebago importées du Danemark.

2. Une hadromycose due au *Verticillium albo-atrum* Reinke et Berth. a été observée à Oropos en Attique.

3. Le *Colletotrichum atramentarium* (Berk. et Br.) Taubenh. sur des plantes à Oropos d'Attique.

4. Tubercules attaqués par le *Phytophthora infestans* (Mont.) de Bary à Chalandri d'Attique.

5. Le *Pectobacterium carotovorum* (Jones) Waldee fut déterminé sur des plantes à Vytina d'Arcadie.

6. Pourritures bactériennes humides sur des semences plantées de pommes de terre, favorisées par des conditions d'humidité excessive et de température élevée observées à Avlon d'Attique.

7. Les virus de la Mosaïque et de la Bigarrure furent observés à Pyri dans la région de Thèbes.

8. L'*Alternaria solani* (Ell. et Mart.) Jones et Grout à l'île de Syros.

9. Influence de sels (chlorure de sodium) observée sur des plantes de la même région.

10. Le *Rhizoctonia solani* Kühn sur des plantes de la même région.

11. Carence de potassium à l'île de Syros.

TOMATE

1. Le *Verticillium albo-atrum* Reinke et Berth. à Kambos de l'île de Chio, à Liména Vathy de l'île de Samos et à Kifissia en Attique.

2. On a noté une attaque du collet provoquée par un *Phytophthora* à Iérapetra de l'île de Crète.

3. Le *Botrytis cinerea* Pers. a provoqué des dégâts sur les fruits de plantes cultivées dans des serres à Mytilinii de l'île de Samos.

4. Le *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) Massee sur des plantes à Marathon de l'île d'Egine.

5. Le «Blossom end-rot» à Phoenica des Cyclades et à Phanari de l'île de Poros.

6. Une hadromycose due à un *Fusarium sp.* a été signalée a Liména Vathy de l'île de Samos et à Kypséli de l'île d'Egine.

7. Le virus de la Mosaïque du Tabac a été signalé à Kiourka d'Attique.

8. Des malformations de fruits (Catface) dues à des troubles physiologiques ont été notées dans la région de Kavalla.

9. La pigmentation brune (Internal browning) de cause inconnue a été signalée dans les tissus internes d'un grand nombre de fruits à Examillia de la région de Corinthe.

SUR LÉGUMINEUSES

FENUGREC (*Trigonella faenum-graecum*).

Le *Rhizoctonia solani* Kühn à Chalandri en Attique.

LUZERNE

1. Le *Rhizoctonia crocorum* (Pers.) DC. à Servia de la région de Kozani.

2. Le *Pseudopeziza medicaginis* (Lib.) Sacc. fut déterminé sur des plantes à Hormos Corthiou de l'île d'Andros.

3. Une pourriture des racines de cause inconnue a été observée dans la région des communes de Sperchias et de Clonium de Phthiotis où elle a provoqué des dégâts sérieux. Le pourcentage des plantes endommagées a été entre 20 et 40 pour cent.

POIS

1. L'*Ascochyta pisi* Lib. et le *Peronospora pisi* Syd. à Chalandri d'Attique et dans la région de Kalamata.

2. On a noté l'Oïdium (*Erysiphe polygoni* DC.) sur des plantes à Salamis.

3. Un *Ascochyta sp.* sur des plantes à Gortyna de l'île de Crète.

POIS CHICHE

L'*Ascochyta rabiei* (Pass.) Labr. fut noté à Agios Constantinos de Locride où il a provoqué de dégâts importants aux cultures.

SUR CÉRÉALES

AVOINE

1. Attaque du collet de plantules par un phycomycète a été signalée à Gortyna de l'île de Crète.

2. L'*Erysiphe graminis* DC. à la même région.

BLÉ

1. L'*Ophiobolus graminis* Sacc. a été trouvé à Glyfada de la région de Rodope.

2. Le *Cercosporella herpotrichoides* Fron aux régions de Ptolémaïde et de Grévena.

3. Des tâches sur des caryopses, connues sous le nom de «Black point» et dues à l'*Alternaria sp.* ont été notées à Ptolémaïde.

FÉTUQUE (*Festuca*)

Un *Cercospora sp.* a été signalé sur des plantes à Copaïs.

MAÏS

Carence de magnésium observée à Copaïs.

ORGE

1. Le *Cercosporella herpotrichoides* Fron observé dans la région de Ptolémaïde, où il a provoqué des dégâts sérieux.

2. L'Oïdium (*Erysiphe graminis* DC.) signalé dans la région de Larissa.

SUR PLANTES ORNEMENTALES

CLARKIA

Carence de fer à Psychico.

CYCLAMEN – HORTENSIA

Le *Botrytis cinerea* Pers. et le *Thielaviopsis basicola* (Berk. et Br.) Ferr. sur des plantes des environs d'Athènes.

GLAIEULS

Le *Fusarium oxysporum* Schlecht. var. *gladioli* Massey sur des tubercules à Mangoufana et à Acharnai d'Attique.

MAGNOLIA

Carence de fer à Philothéi d'Attique.

MIMOSA

Carence de fer à Vouliagméni d'Attique.

ŒILLETS

1. Le *Botrytis cinerea* Pers. a provoqué des dégâts aux œillets aux alentours d'Athènes.

2. Des attaques du collet des plantes dues au *Phytophthora parasitica* Dastur ont été signalées à la même région.

PRUNUS

Carence de fer à Kifissia.

RENONCULE (*Ranunculus*)

On a observé le *Ramularia sp.* sur des plantes à Chalandri d'Attique.

ROSIER

1. L'Oïdium [*Sphaerotheca pannosa* (Wallr.) Lév.] a été trouvé sur des feuilles et des tiges à Cholargos d'Attique.

2. La Rouille due au *Phragmidium mucronatum* (Fr.) Schlecht. a été observée sur tiges et feuilles à Kifissia.

3. L'*Erwinia tumefaciens* (Smith et Townsend) Dowson à la même région.

4. Le pourridié dû au *Rosellinia necatrix* (Hart.) Berl. a été noté à Amaroussion d'Attique.

UR ARBRES FORESTIERS

PEUPLIER

Carence de fer sur arbustes à Couponia près d'Athènes.

PIN

Une fonte de semis provoquée par le *Rhizoctonia sp.*, dans la région de Drama.

MÉTHODES DE DÉTERMINATION DES RÉSIDUS DE L'INSECTICIDE ROGOR DANS L'HUILE D'OLIVES ET LES FRUITS DE L'OLIVIER

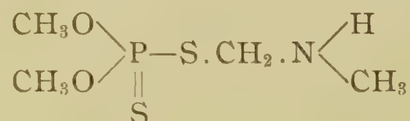
par

A. A. VASSILIOU, N. ADAM et D. DADINAKI-ROUSSOPOULOU

Bien que le parathion, utilisé dans la lutte contre le Dacus de l'olive, ait donné, comme insecticide, des résultats excellents, il est passé au second plan à cause de sa grande solubilité dans l'huile, et son infime solubilité dans l'eau, ce qui avait comme résultat d'avoir des résidus dans l'huile en quantités telles qu'elles fussent considérées comme dangereuses pour la santé.

Les déterminations faites précédemment dans l'huile après des traitements des oliviers avec du parathion ont décélé des résidus excédant les 30 p.p.m., tandis que la limite maxima tolérée ne devrait pas être supérieure à 1 p.p.m.

Pour cette raison on a substitué le parathion dans la lutte contre le Dacus par le Diazinon, le Dipterex et, tout récemment, par un autre composé organophosphorique sous le nom de Rogor et dont la formule est:



(Methylamide de l'acide O,O-dimethyl-dithiophosphoryl-acétique)

Poids moléculaire 229,3, point de fusion 51°-52°C, toxicité rapportée par la bibliographie moindre que celle du parathion (4).

Ce nouvel insecticide présente l'avantage d'être hydrosoluble (1) dans la proportion de 2,5 % à 21 °C.

Cette solubilité dans l'eau avec sa petite solubilité dans l'huile d'une part et, d'autre part, son action insecticide puissante et prolongée font de ce produit un moyen précieux dans la lutte contre le Dacus.

La quantité de Rogor qui pénètre dans l'olive, à la suite du traitement, se dissout pour une grande partie dans l'eau du jus du fruit et seulement pour une petite partie dans l'huile.

Cette partie du Rogor dissoute dans l'huile est si petite, comme il a été dit précédemment, qu'on ne trouve comme résidus que des quantités n'excédant pas 0.40 p.p.m. (habituellement la teneur de l'huile en résidus du Rogor est de 0.10 à 0.20 p.p.m.) (5).

Pour la détermination des résidus du Rogor dans l'huile, deux méthodes ont été proposées par la «Società Generale per l'Industria Mineraria e Chimica MONTECATINI».

La première de ces méthodes se base sur la détermination du phosphore de la molécule du Rogor, après une série de manipulations de l'huile avec de l'alcool étendu qui soustrait les résidus du Rogor s'y trouvant; la seconde consiste à déterminer le groupe amidique de la molécule du Rogor par des manipulations analogues (2, 3).

La détermination des résidus du Rogor dans l'huile présente de très grandes difficultés pour les raisons suivantes:

1° le produit se trouve dissout dans l'huile d'où il s'en sépare difficilement

2° les solvants de cette substance sont aussi, plus ou moins, ceux de l'huile

3° les quantités dissoutes dans la l'huile sont, comme il a déja été dit, minimes.

En considérant les fait mentionnés ci-dessus, ainsi que les autres difficultés d'ordre technique que présentent d'habitude les recherches de cette nature, nous nous sommes efforcés de trouver un solvant tel que tout en pouvant extraire facilement les résidus du Rogor se trouvant dans l'huile, n'exerce pas une action dissolvante sur celle-ci.

De nos expériences nous avons trouvé que le solvant approprié était une solution aqueuse d'acétone dans la proportion de 40 % par volume.

Pour augmenter le poids spécifique du solvant, en vue d'une séparation des couches plus complète, et pour éviter l'émulsification et la formation de mousse, une partie de l'eau de dilution a été substituée par une quantité de solution de Na_2SO_4, comme il est décrit plus loin.

Nous avons aussi essayé, comme moyen d'oxydation, une solution aqueuse de persulfate d'ammonium à 30%, avec laquelle nous avons obtenu des résultats très satisfaisants.

D'après nos expériences sur la détermination des résidus du

Rogor dans l'huile, nous nous sommes efforcés d'élaborer une technique simple pour qu'elle puisse être appliquée à des séries d'analyses et s'adapter, autant que possible, à des moyens techniques simples.

Réactifs et substances utilisées.

a) Solution aqueuse* de sulfate de sodium, de densité 1,10 à 20 °C.

b) Solvant qu'on prépare comme suit:
100 cc de la solution (a) sont mis dans un ballon jaugé de 1 litre et on y ajoute 500 cc d'eau et 400 cc d'acétone chimiquement pure. On agite bien et on porte le tout à 1000 cc avec addition d'eau (on observe alors souvent la formation d'une petite quantité de cristaux de Na_2SO_4, qu'on sépare par filtration).

c) Benzène pour analyse.

d) Solution 10% d'acide sulfurique.

e) Solution de persulfate d'ammonium 30% ou
Solution d'acide perchlorique 60%, de densité 1,54.

f) Solution récemment préparée: de 1 gr de 2,4-Diaminophenol-dihydrochloricum cryst. avec 20 gr de bisulfite de sodium ($NaHSO_3$) dissous dans l'eau jusqu'au volume de 100 cc.

g) Solution de molybdate d'ammonium 8,30%.

Méthode de détermination.

On pese 100 gr d'huile d'olive qu'on transfère dans un entonnoir à séparation d'une capacité de 250 cc et on extrait successivement avec le solvant (b) par 110 - 80 et 60 cc. Pour la première et la seconde extraction on agite vigoureusement pendant 5 min. pour la dernière extraction on agite pendant 3 min.

Après la séparation complète des couches on réunie les extraits acétoniques et on transporte le tout, après filtration, dans un flacon à vide, d'une capacité de 500 cc Puis on lave la couche d'huile au moyen de 10 cc d'eau et on transfère, après filtration à travers le même filtre, dans le flacon à vide qui contient les solutions acétoniques. On lave le filtre avec quelques cc d'eau et on évapore l'acétone

* On a dans tous les cas utilisé de l'eau bidistillée, tant pour la préparation des solutions que pour le lavage final de la verrerie.

sous vide à la température ambiante. Après l'éloignement de l'acétone on continue l'évaporation en chauffant au bain-marie à la température de 40 - 45 °C, jusqu'à obtention d'un volume de 40 à 50 cc. A partir de ce point la concentration se poursuit à la température de 30 - 35 °C du bain-marie jusqu'à l'atteinte d'un volume de 10 - 15 cc. On les transporte par filtration dans un cylindre volumétrique et on lave le flacon à vide et le filtre jusqu'au volume total de 25 cc.

Extraction par le benzène.

On transvase quantitativement les 25 cc de la solution aqueuse obtenue dans un entonnoir à séparation d'une capacité de 100 cc et on procéde aux extractions successives avec 60 - 40 - 20 cc de benzène.

L'agitation pour les deux premières extractions est d'une durée de 5 min. et pour la troisième extraction d'une durée de 3 min. Après chaque agitation et séparation des couches on transporte la solution aqueuse sous-jacente dans un autre entonnoir à séparation et on lave chaque fois la couche benzénique avec 2 - 3 cc d'eau qu'on transporte, après séparation, dans la couche aqueuse initiale.

Les extraits benzéniques réunis sont transvasés, après filtration, dans un flacon à vide et ils sont évaporés à l'aide d'une pompe à vide et à une température du bain-marie de 40 - 45 °C.

Quand le volume du benzène atteint les 10 - 15 cc, on arrête l'évaporation et on transporte le résidu dans un ballon de conbustion de Kjeldhal, d'une capacité de 50 cc, on lave le flacon à vide avec quelques cc de benzène qu'on ajoute ensuite au même ballon. On évapore le contenu du ballon jusqu'à sec à l'aide d'un bain-marie à la température de 45 °C et d'un courant d'azote.

L'évaporation des derniers 5 cc du benzène se poursuit à la température ambiante.

Décomposition du Rogor par oxydation.

a. Par l'acide perchlorique.

Dans le résidu du ballon de combustion on ajoute 2 cc de la solution (e) d'acide perchlorique et on chauffe le tout à la flamme, modérement au début, puis plus intensément, jusqu'à ce que le liquide devienne clair et incolore. On le transvase, après refroidissement, dans un cylindre et on complète le volume avec de l'eau jusqu'à 20 cc. Puis on ajoute 2 cc de la solution d'amidol (f) et, après une minute, on y ajoute 1 cc de la solution de molybdate d'ammonium. On

complète le tout par addition d'eau jusqu'à 25 cc. On laisse agir pendant 15 minutes et on mesure le composé coloré au moyen d'un colorimètre photo-électrique. On estime la quantité du phosphore d'après une échelle préalablement établie avec une solution de KH_2PO_4 de titre connu.

On trouve la quantité de Rogor en multipliant la quantité du phosphore trouvé par le facteur 7,4026.

b. Avec une solution de persulfate d'ammonium.

Sauf la méthode de l'oxydation par l'acide perchlorique, nous avons essayé, dans le même but, une autre méthode, en utilisant la solution de persulfate d'ammonium à 30°/₀. Les résultats ont été très satisfaisants.

La technique de cette méthode est la suivante:

Les extraits benzeniques réunis, comme il a été dit plus haut, sont évaporés sous vide et dans les mêmes conditions, jusqu'à un volume de 10 à 15 cc. On les transporte quantitativement dans un ballon à combustion Kjeldhal, d'une capacité de 50 cc, qui contient 2 cc d'eau et on évapore le reste du benzène à l'aide d'un courant d'azote au bain-marie à la température de 45 - 50 °C. Les derniers 5 cc du benzène sont évaporés sans l'aide du main-marie. Dans le résidu aqueux on ajoute 2,5 cc de la solution (e) de persulfate d'ammonium et une goutte d'acide sulfurique (d) et on chauffe modérément au début, puis en intensifiant la flamme progressivement. Le chauffage se poursuit jusqu'à ce que le liquide divienne clair et incolore, et que sa consistance devienne presque sirupeuse. A la fin de l'oxydation on ajoute, au besoin, 4 à 5 gouttes de la solution de persulfate d'ammonium. On laisse refroidir et on dilue avec 10 à 12 cc d'eau, puis on transporte le liquide incolore dans un cylindre volumétrique, en portant le liquide à un volume de 20 cc par addition d'eau. Le transvasement se fait, au besoin, par filtration, en prenant la précaution de laver préalablement le filtre avec 10 cc de la solution à 10°/₀ d'acide sulfurique chauffée et ensuite avec quelques cc d'eau bidistillée.

Puis on ajoute 2 cc de la solution d'amidol, on mélange et on ajoute ensuite 1 cc de la solution de molybdate d'ammonium. On porte le tout à 25 cc et on le transporte dans un becher de 50 cc où il reste au repos pendant 25 minutes, à la température de 20 °C. Puis on mesure l'intensité de la couleur au moyen du colorimètre électrique. Nous avons fait usage de l'électrophotomètre Fisher Model A.C., à la longueur d'onde A 650.

L'indication obtenue est comparée à celle des solutions de NaH_2PO_4 de titre connu.

Construction de la courbe d'étalonnage.

On prépare une solution de phosphate de sodium dibasique (Na_2HPO_4) et on prend des quantités de cette solution, qui correspondent aux doses de phosphore de 5 - 7,5 - 10 - 12,5 - 15 - 17,5 et 20 γ et, des indications obtenues, il résulte une courbe correspondant aux valeurs relatives.

On prépare parallèlement une solution aqueuse de Rogor, telle que son pourcentage en phosphore corresponde à des valeurs de 5, 10, 15, 20, 25 γ; il en résulte une courbe (en l'occurence une ligne droite) qui, en comparaison à celle obtenue avec du phosphore dans NaH_2PO_4, forme un angle de déviation minime. Cette déviation est due à ce que le Rogor utilisé n'a pas la pureté théorique. Les chiffres obtenus correspondent à un pourcentage de 97-98 % (Fig. 1).

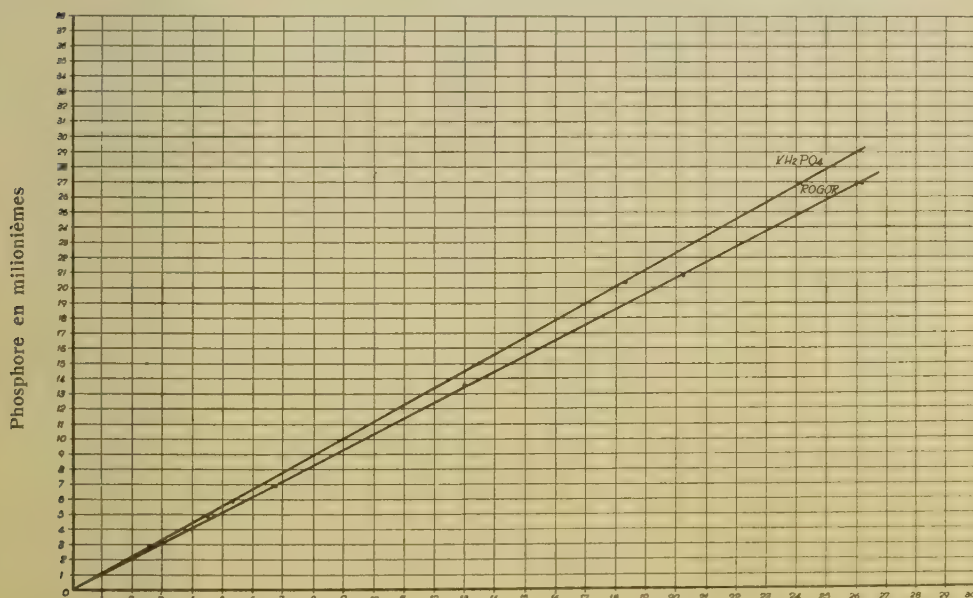


Fig. 1. Représentation graphique des valeurs en phosphore des solutions de Rogor en comparaison avec les valeurs en phosphore d'une solution-type KH_2PO_4.

Pour le contrôle de cette méthode, outres les mesures préliminaires effectuées sur des huiles contaminées avec des doses de Rogor qui correspondaient à différentes valeurs de phosphore, on a effectué

en plus des déterminations expérimentales sur des huiles témoins et sur une série d'huiles contaminées avec des quantités de Rogor de 0,20 - 0,30 - 0,50 - 0,75 et 1 p.p.m.

Ces déterminations ont été faites en triple pour chaque cas, avec un échantillon de la même huile comme témoin.

Les résultats de ces déterminations quantitatives sont représentés au tableau I. Le fait que tous les témoins on donné des valeurs avoisinantes de la valeur à blanc obtenue en employant tous les réactifs est charactéristique des résultats de cette expériences.

TABLEAU I

Montrant la teneur trouvée en Rogor dans les huiles contaminées avec cet insecticide.

No d'ordre	Cas	Répétitions			Moyenne
		I	II	III	
1	Huile infectée 1 p.p.m.	0,842	0,815	0,815	0,824
2	» » 0,75 »	0,674	0,640	0,615	0,643
3	» » 0,50 »	0,400	0,410	0,420	0,410
4	» » 0,30 »	0,260	0,281	0,281	0,274
5	» » 0,20 »	0,170	0,180	0,180	0,177

Nota.— Les valeurs ci-dessus ont été obtenues après soustraction des valeurs des témoins correspondants.

Un fait notable est aussi celui de la déviation des valeurs des huiles contaminées qui varient en moins, par rapport aux valeurs réelles, entre un minimum de 8,7% et un maximum de 18%.

Nous considérons ces variations en moins comme très satisfaisantes, en tenant compte, d'une part des difficultés de l'analyse et, d'autre part, des quantités minimes de Rogor que nous sommes appelés à déterminer, souvent dans des conditions très défavorables.

Dans la représentation graphique de la figure 2 nous avons porté sur l'ordonnée les valeurs réelles du Rogor et sur l'abscisse les valeurs trouvées. La courbe figurant en pointillé présente les valeurs théoriques et celle en trait plein la moyenne des résultats obtenus de trois analyses successives pour la même huile, contaminée de la même quantité de Rogor.

De la place de ces deux droites on peut estimer, avec une très

grande approximation, le degré d'erreur et obtenir un résultat qui s'approche de la réalité pour des valeurs oscillant entre 0,20 et 1 p.p.m. Par exemple, pour une valeur trouvée de 0,64 p.p.m. correspond la valeur réelle en Rogor de 0,75 p.p.m. ainsi qu'effectivement la valeur trouvée s'éloigne de la valeur attendue; on peut alors faire la correction nécessaire.

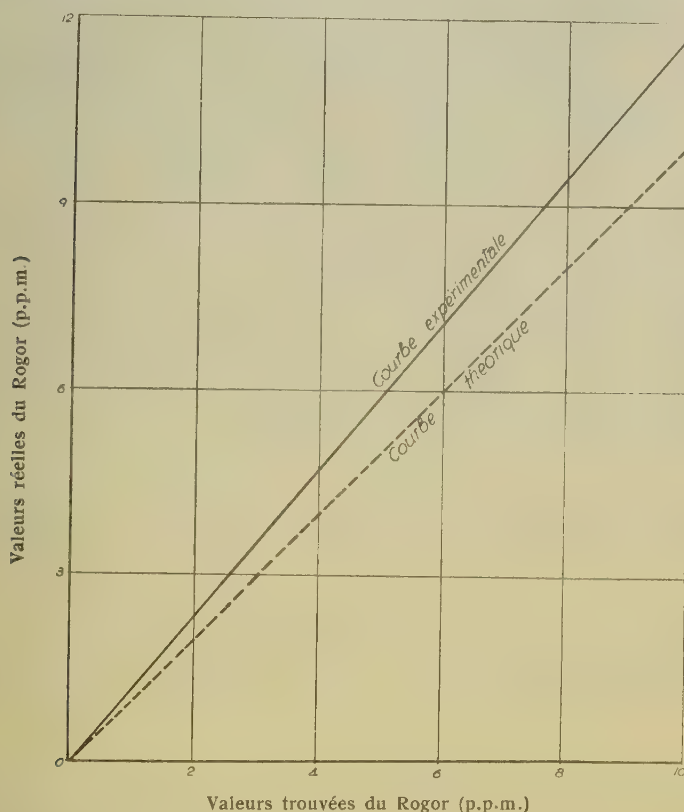


Fig. 2. Représentation graphique des valeurs trouvées du Rogor en p.p.m. en comparaison avec les valeurs réelles.

La méthode décrite est valable pour des valeurs en Rogor allant jusqu'à 0,20 p.p.m.

Pour des valeurs plus petites on a employé une méthode décrite ci-dessous, que nous l'avons appelée «méthode d'enrichissement».

Méthode de détermination des résidus du Rogor dans l'huile par enrichissement.

On pese ons 250 gr. d'huile d'olive et on procède à trois extractions à la température de 30°C en agitant fortement pendant 3 minutes

chaque fois, dans un entonnoir à séparation d'une capacité de 500 cc avec 180 - 120 - 100 cc d'alcool de 95°.

Après la séparation complète des couches on réunit les solutions alcooliques et on évapore sous vide à la température de 35 °C au bain-marie.

Après l'éloignement de l'alcool il reste une quantité d'huile enrichie de tout le Rogor existant.

La suite de l'examen de l'huile, qui reste après son transport dans l'entonnoir à séparation à l'aide du solvant (b), se fait par la méthode déjà décrite pour les cas courants, en utilisant un volume de solvant proportionel à la quantité d'huile obtenue.

Dans le cas où il n'existe que des traces de Rogor on peut prendre un multiple des quantités d'huile et de solvant susmentionnées.

Par la méthode d'enrichissement on peut déterminer des quantités minimes, allant jusqu'à des traces. On peut aussi vérifier la valeur d'intensité de la couleur obtenue par l'électrophotomètre, suivant la méthode simple, qui présenterait une petite différence avec celle du témoin. Étant donné que la différence de valeur est due à la présence du Rogor, cette différence sera le multiple de celle obtenue à la première détermination. Dans la série des expériences effectuées sur des huiles contenant des quantités connues de Rogor, les résultats obtenus présentent une erreur d'analyse entre 12 et 15%, en moins.

Méthode de détermination des résidus du Rogor avec une solution de $HgCl_2$.

En dehors des méthodes décrites ci-dessus pour la détermination des résidus du Rogor dans l'huile, nous en avons étudié une autre se basant sur la formation d'un composé très difficilement soluble dans l'eau et les acides étendus, qui se forme par l'action d'une solution de $HgCl_2$ avec changement du pH de la solution vers l'acidité.

Ce composé donne un précipité blanc insoluble dans l'eau et les acides. Dans les solutions de l'ordre de concentration des résidus du Rogor dans l'huile, il présente, en peu de temps, un faible trouble de *couleur bleuâtre charactéristique*. L'opalescence de la solution considérée dans les mêmes conditions est en correlation avec les quantités du Rogor dans l'huile. La détermination de sa concentration peut se faire par comparaison avec une échelle de solutions standardisées de Rogor, sous les mêmes conditions:

La méthode appliquée est la suivante:

Reactifs employés:

I. Solution aqueuse saturée de bichlorure de mercure.

II. Solution tampon pour pH=6,2, préparée comme suit:
50 cc 0,2 M. KH_2PO_4+8,55 cc 0,2 M. NaOH étendus à 200 cc.

III. Solvant (acétone 40%) préparé comme il a été déjà décrit.

L'extraction des résidus du Rogor dans l'huile par le solvant (c) se fait comme dans les cas décrits. Après extraction par le benzène et lavage soigné des couches benzeniques avec de l'eau, on procède à l'évaporation du benzène jusqu'à obtention d'un petit volume de 5 à 10 cc. On ajoute 5 cc d'eau et on procède à l'évaporation sous le vide jusqu'à élimination complète du benzène. La couche aqueuse qui reste est transportée par filtration à travers un filtre dur et le récipient est lavé jusqu'à obtention d'un volume de filtrat de 7,5 cc. On prend avec une pipette 5 cc de ce filtrat et on y ajoute 0,5 cc de la solution tampon (II) et 4 gouttes du réactif (I).

On prépare en même temps et sous les mêmes conditions une échelle de comparaison contenant du Rogor pour des quantités correspondant à 0,25-0,50-0,75 et 1 p.p.m. et on compare, après cinq minutes, à cette échelle le liquide trouble et bleuâtre de l'huile sous examen.

Cette méthodes donne des résultats satisfaisants pour des valeurs de 0,5 p.p.m. et au-dessus.

Les résultats comparatifs de cette méthode avec ceux obtenus par les deux méthodes précédentes, ainsi que les modifications qui seraient peut-être apportées sur les détails, seront exposées dans une étude ultérieure.

Méthode de détermination des résidus de l'insecticide Rogor dans les olives.

On prend 200 gr. d'olives et on les débarasse de leurs noyaux à l'aide d'un dénoyauteur spécial.

On pèse la quantité obtenue de la pulpe.

On pèse séparement les noyaux et, après les avoir débarassés soigneusement des restes de la pulpe, on les repèse.

On additionne la différence du poids au poids de la pulpe provenant de la première opération et on calcule le poids total de la pulpe de 100 gr. d'olives.

On calcul aussi le pourcentage du poids des noyaux débarassés totalement des débrits de pulpe.

A une partie de la pulpe ainsi obtenu (10 gr. environ) on détermine l'humidité, en chauffant pendant 6 heures dans une étuve à 100 - 105 °C.

On calcule le pourcentage d'humitité de la pulpe.

Du reste de celle-ci on prend 100 gr. qu'on soumet à l'action d'un concasseur du type Multimix (Mixter, de la firme Braun) pendant dix minutes, avec 180 cc d'acétone, à laquelle on ajoute 5 cc d'une solution de sulfate de sodium de p.sp. 1.10 dilués avec une quantité d'eau suffisante pour porter, finalement, la solution extractive à 300 cc et d'une teneur en acétone de 60% par volume, en tenant compte aussi de l'humidité des olives trouvée. La quantité d'eau nécessaire (C) à la dilution de l'acétone se trouve en appliquant la formule suivante:

$$C = \left[(300) - (a+185) \right] + 10 \text{ où}$$

a = l'humidité pour cent trouvée et

10 = la constante de contraction du mélange acétone - eau à la température de l'ambiance.

Après l'extraction on centrifuge le tout à 3000 tours par minute, pendant 5 minutes.

On transporte par filtration le liquide surnageant dans un cylindre volumétrique et on prend le volume du liquide obtenu. Soit que ce volume fut trouvé de 240 cc. Alors ce volume représente les 240/300 de la quantité des résidus du Rogor dans la pulpe examinée. On transporte quantitativement, à l'aide de quelques cc d'eau, dans un flacon à vide et on évapore à l'aide d'un bain-marie à la température de 30 à 35 °C et de la pompe à vide jusqu'au volume des 20 cc environ. A ce point on arrête l'évaporation, on refroidit et on transporte dans une fiole conique d'une capacité de 250 cc. muni d'un bouchon à émeri, on ajoute 200 cc d'acétone et on laisse au repos pendant la nuit. On procéde ensuite au filtrage dans un flacon à vide, on lave la fiole et le filtre avec quelques cc d'acétone et on procède à l'évaporation dans les mêmes conditions, jusqu'au volume des 20 cc.

Après refroidissement on transporte par filtration dans un entonnoir à séparation d'une capacité de 100 cc on lave le flacon à vide et le filtre avec quelques cc d'eau et on procède à une triple extraction avec 60 - 40 - 30 cc de benzène.

On lave chaque fois soigneusement les couches benzeniques avec quelques cc d'eau qui sont ajoutés à la solution initiale. On réunit, enfin, les extraits benzeniques qu'on lave aussi avec quelques cc d'eau et on les évapore sous vide à la température de 45 - 50 °C. Quand le

volume du benzène atteint les 10 - 15 cc. on arrête l'évaporation, on le transporte quantitativement à l'aide de quelques cc du benzène dans un ballon à combustion de Kjeldhal contenant 2 cc d'eau et on évapore sur bain-marie à la température de 45 °C à l'aide d'un courant d'azote.

Quant le volume du benzène atteint les 5 cc l'évaporation se poursuit à la température ambiante jusqu'à élimination complète du benzène. On détermine la teneur en phosphore dans le résidu aqueux ainsi obtenu, par le procédé déjà décrit, et de là la teneur en Rogor.

On exécute, dans les mêmes conditions, une expérience sur des olives non traitées, de la même région et de la même variété, et on fait ensuite la correction relative.

CONCLUSION

Par les méthodes de détermination des résidus de Rogor proposées on complète le contrôle de l'huile et des olives et on obtient une image intégrale concernant les résidus de l'insecticide dans les olives destinées à la consommation et celles destinées à l'huilerie.

Avec la méthode d'enrichissement proposée on peut déterminer des quantitées minimes de Rogor, qui ne pourraient pas être déterminées par la première méthode.

BIBLIOGRAPHIE

1. Anonyme — Note techniche sulla metilamide dell' acido O,O-dimetilditiofosforilacetico e sui formulali «Rogor». 1957. Montecatini Soc. Generale.

2. Bazzi B., P. De Pietri-Tonelli, e R. Santi.— Metodi per il microdosaggio chimigo e biiologico dei residui della N- Monometilamide dell'acido O,O-dimetilditiofosforilacetico nell' olio d' oliva. Laboratorio Sperimentale Agrario. Signa (Fiorenze) 1956

3. Bazzi B., et R. Santi.— Perfezionamenti al metodo di dosaggio chimico di residui di N- Metilamide dell' acido, O,O-dimetilditiofosforilacetico in olio di oliva. *Rev. Olivocoltura* No 4 Aprile 1958.

4. Edson E.F.—The toxicology of N.C. 262. Ingection of N.C. 262 by Humans. Report 13, Medical Dept. Chesterford Park, Research Station, 1958.

5. Orphanidis P. et N. Adam — Résidus de Rogor, Ékatin, Dipterex, Ciba et Nexion dans l'huile et dans le jus de l'olive. *Ann. Inst. Phytopath. Benaki.* Vol. 1 (N.S.), No 5, p. 314-319, 1958.

RECHERCHES SUR LE *GLOEOSPORIUM OLIVARUM* ALM. EN GRÈCE. I. BIOLOGIE DU CHAMPIGNON

par

D. G. ZACHOS et S. A. MAKRIS

La maladie des olives provoquée par le *Gloeosporium olivarum* Alm. a été décrite, pour la première fois, au Portugal en 1899 par Almeida (2). En 1928 on l'a signalée en Russie (8) et un peu plus tard en Uruguay (1) et au Japon (7). En 1942 on la trouve en Californie (9) et en 1950 en Italie (6). De la bibliographie que nous n'avons pas à notre disposition mais qui est citée par Arnaud (3), Viennot-Bourgin (16) et Pontis et Hansen (9), on voit que ce parasite a été trouvé aussi en France et en Espagne.

En Grèce la maladie a été observée et décrite pour la première fois en 1920 par Saracomenos (12) à l'île de Corfou où, selon cet auteur, elle existait «depuis la plus haute antiquité». La maladie est endémique non seulement à Corfou, mais aussi dans la région de Préveza et dans la péninsule de Chalcidike (13, 14). Enfin le parasite a été signalé pour la première fois en 1953 dans l'île de Lesbos (15).

Le champignon attaque les fruits mûrs ou à l'approche de la maturité et provoque leur pourriture. Dans des conditions favorisant la maladie on a des dégâts considérables pouvant aller jusqu'à la destruction totale de la production.

Selon certains auteurs (8, 11) le parasite attaque aussi, en dehors des fruits, le feuillage et les brindilles des oliviers, mais cette attaque n'a pas encore été confirmée en Grèce.

La production huilière de l'île de Corfou subit tous les ans des dégâts sérieux par cette maladie, devenue depuis longtemps endémique. Favorisée à un haut degré par les conditions climatiques locales elle est devenue, avec le dacus, l'ennemi principal de l'olivier, à tel point que les cultivateurs, en s'exprimant avec pessimisme, disent que si la production est ménagée par le dacus, elle sera détruite à coup sûr par la «pastella», comme on appelle vulgairement cette maladie.

En automne de 1958, l'Institut Phytopathologique Benaki a con-

fié au premier de nous l'étude des moyens de lutte contre cette maladie dans l'île de Corfou.

Pour l'application d'un procédé de lutte rationnel et économique contre cette maladie, il faut connaître son épidémiologie. Celle-ci, d'ailleurs, présupose nécessairement la connaissance complète des manifestations biologiques du parasite. Bien que la morphologie du champignon soit depuis longtemps connue, sa biologie n'a pas été étudiée sufisamment de sorte que les lacunes que présente la bibliographie sur ce sujet ne permettent pas de se faire une image intégrale des manifestations épidémiologiques de la maladie. Pour cette raison notre investigation a compris trois sujets principaux:

1. La biologie du parasite; 2. l'épidémiologie de la maladie dans les conditions climatiques de Corfou; 3. la méthode de lutte.

Dans le présent article nous nous bornerons à exposer les résultats de nos recherches sur le premier sujet.

I. INFECTION DES OLIVES

Dans une première série d'expériences nous avons étudié le mode d'infection des fruits. Dans ce but nous avons utilisé deux variétés: une variété représentative d'olives de table «Conservolia» provenant de la région d'Amphissa, et une seconde variété d'olives à huile «Lianolia», indigène de Corfou et la plus cultivée dans cette île.

Les expériences des inoculations artificielles ont eu lieu dans la deuxième quinzaine du mois d'octobre. On inoculait simultanément des fruits encore verts et des fruits ayant acquis la couleur noire de la maturité. L'inoculation a été réalisée de trois manières différentes:

1° Par des gouttes d'une suspension de spores du champignon déposées sur un point quelconque du fruit ayant reçu préalablement des blessures légères à l'aide d'une aiguille très fine.

2° Par des gouttes de la même suspension, sans blessures.

3° En mettant sur un point du fruit une couche de spores mince et relativement sèche, sans goutte d'eau et sans blessures préalables.

Les olives à inoculer se plaçaient dans des petits cristallisoirs. Afin d'obtenir les conditions d'une très haute humidité, on mettait après l'inoculation les cristallisoirs dans des cuvettes contenant de l'eau et on les couvrait avec des cloches de verre dont les bords immergeaient dans l'eau de la cuvette. Les parois intérieures des cloches étaient couvertes de papier filtre imbibé d'eau. Quarante huit

heures après l'inoculation on enlevait le papier filtre et les olives restaient sous cloche à la température de 20 à 22 °C.

La souche du champignon utilisée pour ces expériences ainsi que pour celles qui seront citées ultérieurement dans cet article, était isolée des olives malades provenant de Corfou et elle appartenait, suivant les données de la bibliographie (4) à la race blanche du champignon.

Les résultats des inoculations artificielles sont présentés dans le tableau I.

En examinant les données du tableau I on constate que le parasite peut infecter les fruits déjà noirs avec ou sans blessures. En plus, des spores déposées sur des olives noires sont capables de germer et d'attaquer celles-ci, pourvu que les conditions d'humidité atmosphérique soient favorables. Nous exposerons plus loin quelle est l'humidité relative qui favorise la germination des spores du parasite. En ce qui concerne les fruits verts les essais ont démontré qu'ils présentent une résistence aux infections du parasite, au moins dans les cas des variétés utilisées et les conditions de l'expérience. Pourtant, les fruits verts inoculés, après un laps de temps au delà de 18 jours, ont commencé à prendre progressivement la couleur noire à cause de leur maturité, surtout sous les conditions de la température de l'expérience. A partir du moment de l'apparition de la couleur, les fruits de tous les trois cas présentaient les signes d'infection et dans quelques jours subissaient la pourriture connue de la maladie.

Cette résistence des olives vertes justifie l'opinion exprimée, que les fruits sont attaqués lors qu'ils sont mûrs ou à l'approche de leur maturité. Notamment, Cabral (5) rapporte qu'il n'a jamais observé le parasite sur des olives vertes. D'autre part, Biraghi (4), en effectuant des inoculations artificielles d'olives mûrs et d'olives vertes, a observé un retard à l'apparition des tâches sur les dernières et, dans certains cas, le développement du parasite uniquement sur les olives mûres. Par contre, d'autres chercheurs ont observé des infections naturelles d'olives vertes (9) ou ils les en ont provoquées artificiellement (11). Nous-mêmes, d'ailleurs, nous avons observé dans la nature des fruits verts attaqués par le *Gloeosporium olivarum* Alm. Ces fruits présentaient pour la plupart une attaque préalable due au *Macrophoma dalmatica* (Thum.) Berl. et Vogl.

Pour une étude plus approfondie du problème nous avons procédé à l'expérimentation exposée dans le chapitre suivant.

TABLEAU I.

Résultats des infections artificielles des fruits noirs et verts suivant des procédés d'inoculation différents.

Mode d'inoculation	Temps écoulé à partir du jour d'inoculation				
	4 jours	5 jours	7 jours	10 jours	18 jours
Fruits noirs inoculés par une goutte de suspension de spores avec blessure préalable	Infection des fruits	Apparition des spores sur quelques fruits	Apparition des spores sur tous les fruits	Pourriture des fruits complète	—
Fruits verts inoculés comme ci-dessus	Pas d'infection des fruits. Des hyphes provenant des spores germés	Pas d'infection	Pas d'infection	Pas d'infection	Pas d'infection
Fruits noirs inoculés par une goutte de suspension de spores sans blessure préalable	Plusieurs hyphes provenant des spores germées	Infection des fruits	Développement des acervules sur tous les fruits	Pourriture des fruits avancée. Apparition des spores	Pourriture des fruits complète
Fruits verts inoculés comme ci-dessus	Petit nombre d'hyphes provenant des spores germées	Pas d'infection	Pas d'infection	Pas d'infection	Pas d'infection
Fruits noirs inoculés par un enduit des spores	Les spores n'ont pas germé	Les spores ont germé	Infection des fruits	Développement des acervules et des spores sur tous les fruits	Pourriture des fruits complète
Fruits verts inoculés comme ci-dessus	Les spores n'ont pas germé	Les spores ont germé	Pas d'infection	Pas d'infection	Pas d'infection

II. CULTURE DU CHAMPIGNON DANS LE JUS D'OLIVES NOIRES ET D'OLIVES VERTES.

La résistance présentée par les olives vertes pourrait être de nature morphologique ou de nature chimique. Pour vérifier la seconde hypothèse nous avons effectué les expériences suivantes:

Dans un essai préliminaire nous avons utilisé deux lots de fruits noirs et verts d'une variété d'olives de table «Conservolia» récoltés le 15 octobre 1958. Les fruits, après dénoyautage, ont été broyés et passés à la presse pour l'extraction de leur jus. Le jus ainsi obtenu, dilué à l'eau distillée au $^1/_2$ ou au $^1/_4$ et additionné de gélose à la proportion de 14 pour mille, a été utilisé comme milieu de culture après avoir été stérilisé à 115 °C pendant 20 minutes.

Ainsi nous avons employé les jus suivants:

Olives noires	jus	brut	50 %	+	eau	50 %
»	»	»	»	25 %	+	»	75 %
Olives vertes	»	»	50 %	+	»	50 %
»	»	»	»	25 %	+	»	75 %

Le champignon a été cultivé dans des boîtes de Petri, en double, et à la température de 20 °C. Douze jours après l'inoculation nous avons mesuré le diamètre des colonies.

Les résultats de cette expérience ont démontré que, dans le cas où les jus ont été dilués au $^1/_2$, le développement du parasite dans le jus d'olives vertes était inférieur de 36 pour cent à celui obtenu dans le jus d'olives noires. Dans le cas, d'ailleurs, où les jus ont été dilués au $^1/_4$ le développement du champignon dans le jus d'olives vertes était inférieur de 20 pour cent au développement observé dans le jus d'olives noires.

L'expérience précédente a été répétée avec quelques variations sur des olives de la variété «Lianolia», provenant de Corfou et récoltées le 20 octobre 1958.

Dans cet essai le jus extrait a été employé dans les concentrations suivantes:

Olives noires jus brut	100 %	+	eau	0 %	(M_1)
» » » »	50 %	+	»	50 %	(M_2)
» » » »	25 %	+	»	75 %	(M_3)
Olives vertes » »	100 %	+	»	0 %	(Π_1)
» » » »	50 %	+	»	50 %	(Π_2)
» » » »	25 %	+	»	75 %	(Π_3)

Nous avons en plus cultivé le champignon dans un milieu de jus de pommes de terre gelosé additionné de glucose.

TABLEAU II

Développement du *Gloeosporium olivarum* Alm. dans les jus d'olives noires et vertes.

Concentrations des jus	Diamètre des cultures en mm		
	7e jour	11e jour	15e jour
M_1	6	21,5	30,5
M_2	15	32,5	53,5
M_3	21	40	62,5
Π_1	0	0	0
Π_2	4	10	23
Π_3	14	32,5	48
Jus de pommes de terre gelosé avec du glucose	40	70	82

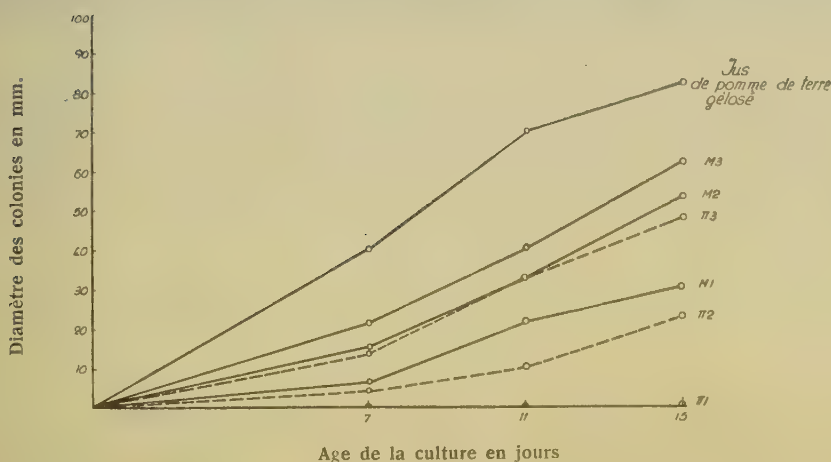


Fig. 1. Développement du *Gloeosporium olivarum* Alm. dans le jus d'olives noires (M) et d'olives vertes (П).

M_1 et Π_1 jus brut
M_2 » Π_2 » dilué au 50 pour cent
M_3 » Π_3 » » » 75 » »

Le développement des cultures au bout de 7, 11 et 15 jours est présenté dans le tableau II et les figures 1 et 2. L'analyse de ces données nous permet de constater que dans le jus brut des olives vertes

le champignon n'a présenté aucun développement. Dans le cas des concentrations de 50 et 25 pour cent le parasite a présenté au bout de 15 jours un développement inférieur de 57 et 23 pour cent à celui observé respectivement dans le jus des olives noires.

L'arrêt complet du développement du parasite observé dans le jus brut d'olives vertes et l'inhibition partielle de sa croissance dans les diverses concentrations du même jus laisse à supposer que son incapacité d'infecter les fruits verts pourrait être due soit à l'existence des substrats nutritifs inconvenables, éventuellement manque de certaines substances, soit à la présence d'une substance inhibitrice. Celle-ci, au fur et à mesure que les fruits mûrissent diminuerait permettant ainsi le développement du parasite. Que cette substance ne disparaît pas totalement se déduit du fait que le jus dilué des fruits noirs offre un substrat nutritif plus favorable que le jus brut.

L'infection des olives vertes citée par divers chercheurs et observée par nous-mêmes pourrait être attribuée à de différentes causes: En premier lieu on pourrait admettre que les diverses variétés réagissent différemment envers le parasite. En second lieu, on pourrait admettre l'existence de diverses races du champignon dont certaines seraient capables de se développer même sur les substrats nutritifs des fruits verts. En ce qui concerne cette dernière hypothèse, nous pouvons citer que Biraghi (4) n'a pas pu infecter des fruits verts en utilisant une forme du champignon désignée X et provenant d'une souche isolée d'échantillons d'olives envoyés de Grèce. Par contre, il a réussi à infecter les fruits avec la souche originale bien que ces infections présentent une évolution lente.

III. INFLUENCE DE LA TEMPÉRATURE SUR LE DÉVELOPPEMENT DU CHAMPIGNON.

Cette question a déjà été étudiée par Cabral (5). Cependant, comme les données fournies par cet auteur sont les seuls dans la bibliographie et se rapportent au champignon existant au Portugal qui appartient à une race différente de celle qui se rencontre en Grèce (4) nous avons jugé qu'il serait opportun de revenir à l'étude de ce sujet.

Le développement du parasite a été étudié aux températures suivantes: 0, 5, 10, 15, 20, 25, 27, 29 et 30 °C. On le cultivait dans des boîtes de Petri contenant comme milieu nutritif de jus de pommes de terre gelosé additionné de glucose. Pour chaque température on préparait trois boîtes. A partir du jour d'inoculation et à des intervalles

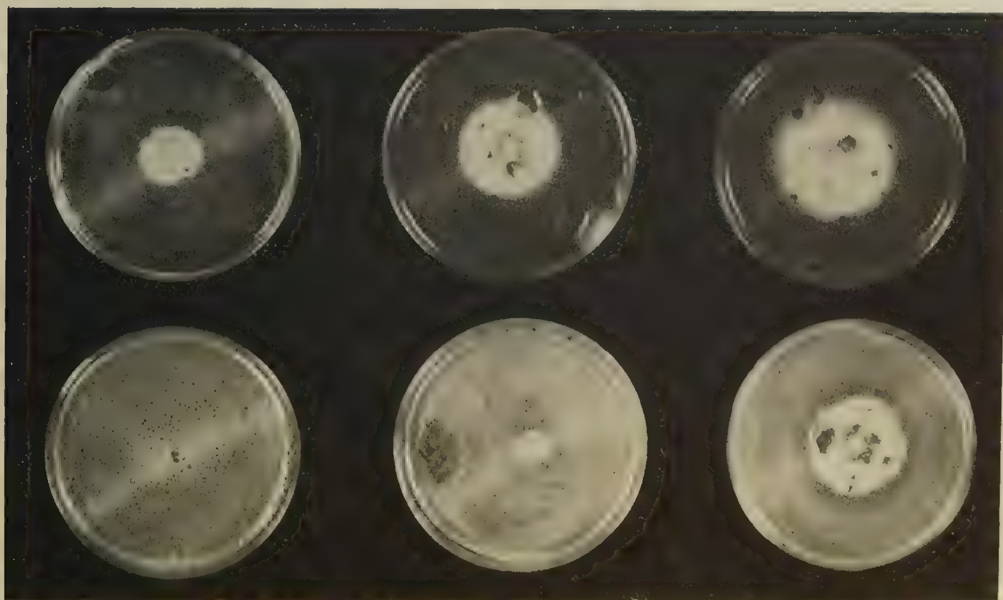


Fig. 2. Aspect des cultures sur jus d'olives noires et d'olives vertes le 11e jour après l'inoculation. De gauche à droite : en haut jus d'olives noires brut, dilué de 50 et de 75 pour cent. En bas, jus d'olives vertes brut, dilué de 50 et de 75 pour cent.

de 4 jours on mesurait le diamètre des colonies jusqu'au 12e jour et on tirait la moyenne de trois boîtes.

TABLEAU III
Développement du *Gloeosporium olivarum* Alm.
à des températures différentes.

Températures en °C	Diamètre des colonies en mm		
	4e jour	8e jour	12e jour
0 ± 1	0	0	0
5 ± 2	0	1	4,8
10 ± 1	4,1	18,5	33,2
15 ± 1	17,3	39	63,6
20	22,8	52,1	78,8
25	25,3	53,3	80,3
27	12,5	20,5	27
29 ± 1	1	1	2
30 ± 1	0	0	0

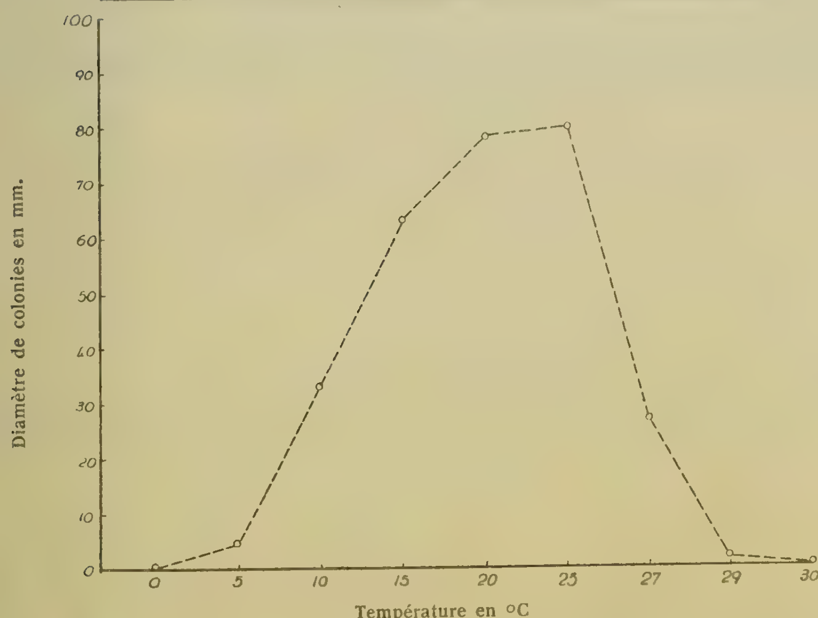


Fig. 3.—Développement du *Gloeosporium olivarum* Alm. à des températures différentes pendant une période de 12 jours.

Les résultats de l'expérience sont exposés dans le tableau III et traduits par le graphique de la figure 3. En examinant ces données on constate que la température la plus favorable pour le développe-

ment du champignon est celle de 25 °C. Cabral (5) trouve que la température optimum est 26 °C et Hemmi et Kurata (7) 28 °C. A la température de 20 °C le champignon présente un développement à peu près égal à celui obtenu à 25 °C. On n'observe aucun développement à 0 °C ; d'autre part la croissance est minime à la température de 29 °C qui doit être considérée comme la température maximum du développement du parasite. Cabral (5) note une certaine croissance même à la température de 30 °C. Ces données montrent que le parasite a une grande capacité de développement entre les températures de 10 et 25°C.

VI. Influence de la température sur la germination des conidies.

La relation entre la température et la germination des conidies du *Gloeosporium olivarum* Alm. n'a pas été jusqu'à présent étudiée systématiquement.

L'influence de la température sur la germination des conidies a été étudiée en déterminant d'une part le pourcentage de la germination et d'autre part en mesurant la longueur du tube germinatif des spores.

La germination des spores, âgées de 15 jours environ, se réalisait

TABLEAU IV

Germination des conidies du *Gloeosporium olivarum* Alm. à des températures différentes.

Température en °C	Temps en heures											
	2		4		6		8		24		48	
	Pourcentage de germination	Longueur du tube germinatif	Pourcentage de germination	Longueur du tube germinatif	Pourcentage de germination	Longueur du tube germinatif	Pourcentage de germination	Longueur du tube germinatif	Pourcentage de germination	Longueur du tube germinatif	Pourcentage de germination	Longueur du tube germinatif
0 ± 1							d	—	1,5	6,7	5	18,2
5 ± 2							d	3,1	2,4	12,1	34,4	39,8
10 ± 1					d	2,5	5,9	8,2	39,5	52	67,5	157,2
15 ± 1			d	2,2	4,4	8,3	6,6	16,4	58,8	128,6	80	326,2
20			d	3,4	6,5	12	12,1	22,2	58,1	179,1	73	232,2
25	d*	3,4	3,5	8,4	8,2	20,4	10	31,7	39,3	148,5	66,7	254,5
29			3,4	7,4	5,7	18,7	11	34	12,8	49,5	33	53,1
30			2,3	4,6	3	10,2	5,8	20,4	7,6	26	24,5	44
35											0	—

* d = début de la germination.

dans une goutte d'eau distillée en employant les chambres humides de Van Tieghem. Pour chaque température on utilisait deux chambres humides et la mesure se faisait sur 5 à 6 champs microscopiques d'où l'on tirait la moyenne. Les températures étudiées étaient les suivantes : 0, 5, 10, 15, 20, 25, 29, 30 et 35 °C.

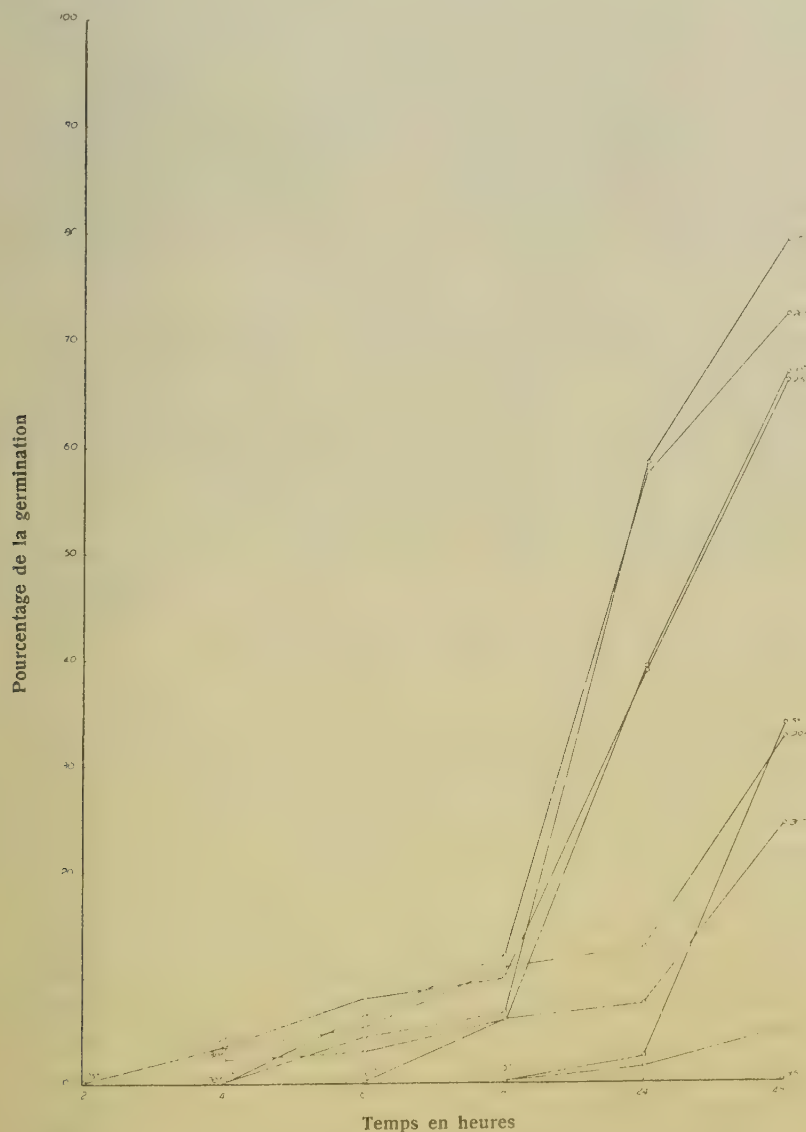


Fig. 4.— Pourcentage de germination des conidies du *Gloeosporium olivarum* Alm. en fonction du temps et de la température.

Les résultats de l'expérience, répétée trois fois, sont donnés dans le tableau IV et représentés par les graphiques des figures 4 et 5.

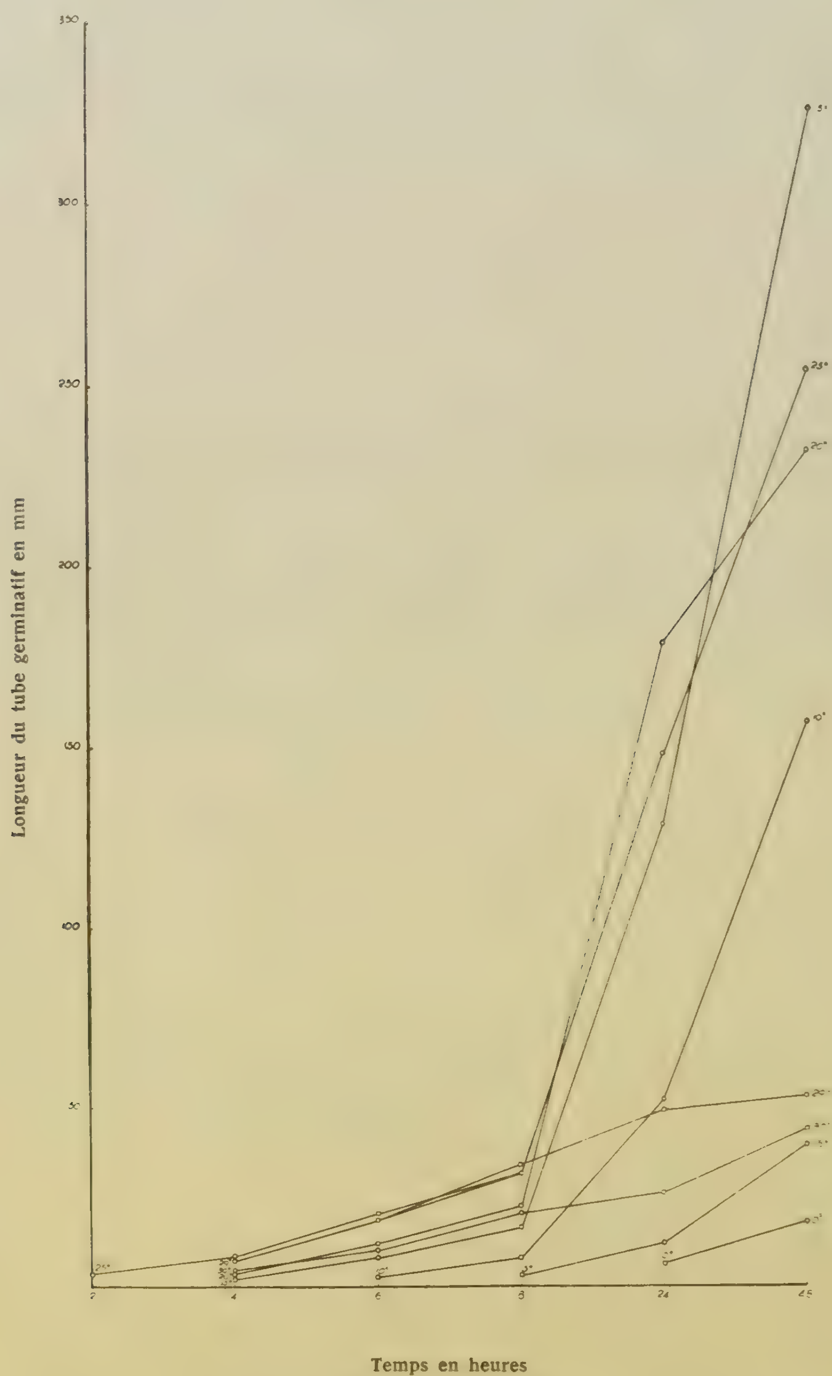


Fig. 5.— Longueur du tube germinatif des conidies du *Gloeosporium olivarum* Alm. en fonction du temps et de la température.

Ceux-ci montrent que la température de 25 °C est la température optimum pour le déclanchement de la germination qui se réalise au bout de 2 heures. La germination commence au bout de 4 heures aux températures de 15, 20, 29 et 30 °C, au bout de 6 heures à celle de 10 °C et de 8 heures aux températures de 0 et 5 °C. Ainsi, au bout de 8 heures on peut avoir une germination à toutes les températures entre 0 et 30 °C.

Après un laps de 24 heures, aux températures de 15 et 20 °C le pourcentage de la germination atteint 60 % environ, à celles de 10 et 25 °C il oscille autour de 40 % et aux températures de 0, 5et 30 °C tombe aux dessous de 10 %; entre 10 et 25 °C on observe, en général après 24 heures un pourcentage notable de germination des spores.

V. INFLUENCE DE LA TEMPÉRATURE SUR LA DURÉE D'INCUBATION

La durée d'incubation de la maladie en relation avec la température n'a pas été jusqu'à présent étudiée d'une façon détaillée; nous avons donc inclus dans le présent travail l'examen de ce problème.

Comme durée d'incubation on entendra ici la période de temps qui s'écoule entre le moment d'inoculation et l'apparition des spores du champignon.

Pour l'étude de ce sujet on a employé des fruits mûrs de la variété «Lianolia» de Corfou. La recherche a été faite en deux séries. Dans la première on inoculait les fruits après blessures avec une goutte d'une suspension de spores. Dans la seconde, avec une goutte de la même suspension sans blessures préalables. Les fruits infectés placés dans de petits cristallisoirs et conservés sous cloche, comme il a été décrit précédemment, étaient soumis aux températures suivantes: 0, 5, 10, 15, 20, 25, 27 et 29 °C.

On examinait les fruits tous les jours en notant le développement des acervules et ensuite l'apparition des spores. Les derniers, d'après nos observations, apparaissent un ou, plus rarement, deux jours après la formation des acervules.

De ces essais on a obtenu les résultats exposés dans le tableau V et reproduits par les graphiques de la figure 6. Ceux-ci montrent tout d'abord que les fruits qui ont reçu des blessures s'infectent plus promptement que les fruits indemnes et que la durée d'incubation pour les premiers est plus courte. Dans le cas des inoculations sans blessures la plus courte durée d'incubation observée est de 6 jours et correspond à la température de 25 °C. Aux températures entre 20 et

15 °C la durée d'incubation oscille entre 7 et 10 jours et à la température de 10 °C celle-ci monte aux 15 jours. Enfin, à la température de 5 °C le développement du champignon dans le fruit est extrêmement lent et à celle de 0 °C complétement inhibé.

TABLEAU V

Durée d'incubation en relation avec la température.

Température en °C	Durée d'incubation en jours	
	Infection par blessures	Infection sans blessures
0 ± 1	Pas d'infection	Pas d'infection
5 ± 2	22	27
10 ± 1	10	15
15 ± 1	7	10
20	5	7
25	4	6
27	5	7
29	8	9

De ce qui précède on peut conclure que pour des températures supérieures à 10 °C la rapidité de la production des conidies est grande et la multiplication de l'*inoculum* en présence de pluies et d'une humidité favorable est illimitée.

VI. INFLUENCE DE L'HUMIDITÉ RELATIVE SUR LA GERMINATION DES SPORES ET L'INFECTION DES FRUITS

Nous avons déjà constaté dans les essais précédents que des spores placées sur les fruits sans goutte d'eau mais sous forme d'enduit, germaient et provoquaient leur infection. Nous avons, donc, jugé opportun d'étudier jusqu'à quel degré hygrométrique peut avoir lieu la germination des spores et la contamination des fruits.

Pour obtenir des humidités relatives différentes, à la température de 20 °C, nous avons utilisé des solutions saturées de certains sels d'après Spencer dont Riker et Riker (10) donnent une liste. Les humidités relatives étudiées ainsi que les sels utilisés sont les suivants:

Humidité relative 98 % $Pb(NO_3)_2$
» » 95 % $Na_2HPO_4 + 12H_2O$

Humidité relative 93 % $NH_4H_2\ PO_4$
» » 92 % K_2HPO_4
» » 90 % $ZnSO_4 + 7H_2O$
» » 81 % $(NH_4)_2\ SO_4$
» » 73 % $NH_4Cl + KNO_3$ (1 : 1)
» » 52 % $NaHSO_4 + H_2O$

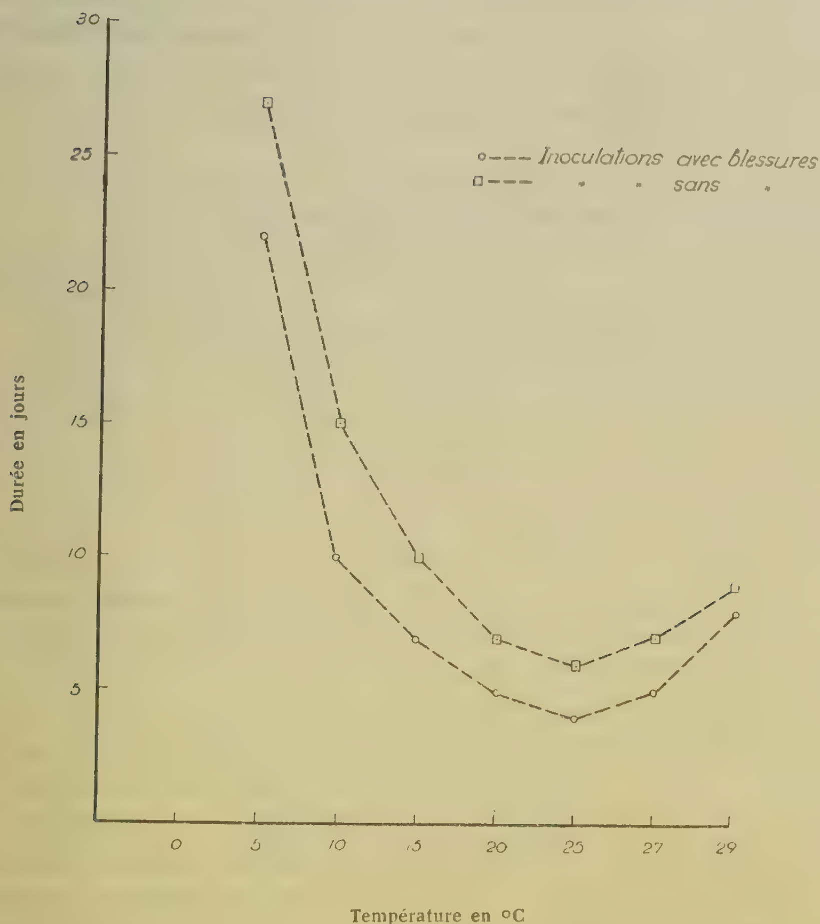


Fig. 6.— Durée d'incubation en jours en relation avec la température.

Avec les solutions saturées des sels ci-dessus on a rempli jusqu'à un niveau déterminé des récipients en verre portant un couvercle dont l'étanchéité était assurée par une couche de vaseline Afin d'obtenir une humidité relative à peu près 100 % on a mis dans le récipient de l'eau jusqu'au niveau déterminé et en dessus on a couvert les parois avec du papier filtre imbibé d'eau.

Les spores à germer, d'un âge de 15 jours environ, ont été placées sur des lamelles sous forme d'un frottis très mince. Dans chaque récipient on plaçait trois lamelles, soutenues par un filet métallique convenablement attaché, entre la solution saturée du sel et le couvercle. Les spores restaient sous l'influence de la même humidité pendant 24, 48, 72, 96 et 120 heures. On plaçait ensuite sur les spores une goutte d'eau et on examinait au microscope le pourcentage de leur germination sur les trois lamelles; on en tirait la moyenne des mesures faites. L'expérience a été répétée trois fois et les résultats sont portés dans le tableau VI.

TABLEAU VI

Germination des spores du *Gloeosporium olivarum* Alm. dans de différentes humidités relatives.

% d'humidité relative	Pourcentage de germination des spores				
	24 h.	48 h.	72 h.	96 h.	120 h.
52	0	0	0	0	0
73	0	0	0	0	0
81	0	0	0	0	0
90	0	0	0	0	0
92	0	0	0	0	germination insignifiante
93	0	0	0	1	2,5
95	3	10	11	11	11
98	3	10	11	11	11
100	10,5	15	15	15	15

En examinant les données du tableau VI on constate que la germination des spores se fait bien à une humidité relative de 95 % et au dessus. Dans cet état hygrométrique de l'atmosphère la germination des spores atteint au bout de 48 heures le pourcentage de 10 à 15 et ne croît pas au delà jusqu'au 5e jour. Pour une humidité relative de 93 % la germination des spores atteint la 96e heure le 1 % et la 120e heure les 2,5 %. Enfin, on constate que l'humidité relative de 92 % est le degré hygrométrique limite de la germination qui est alors insignifiante.

On pourrait donc supposer de ce qui précède qu'une humidité relative de l'atmosphère supérieure à 93 % favorise la germination des spores sur les fruits et la contamination de ceux-ci. Pour verifier

cette présomption nous avons mis le 24 novembre 1958 dans les mêmes récipients des fruits, de la variété «Lianolia» de Corfou, enduits sur un point quelconque par des spores du parasite. Le 3 décembre 1958, soit après 9 jours, tous les fruits mis dans les humidités relatives de 100, 98, 95 et 93 % étaient infectés.

Ce n'est donc pas uniquement le temps pluvieux mais aussi le temps humide qui favorisent la multiplication des contaminations et l'expansion de la maladie.

VII. DURÉE DU POUVOIR GERMINATIF DES CONIDIES.

Nous avons étudié ici la durée de la vie des conidies du *Gloeosporium olivarum*. Alm. d'une part à l'ombre et d'autre part en les exposant au soleil sous des conditions naturelles de température et d'humidité relative.

Dans le premier cas, avec des conidies âgées de 3 jours, on a fait des frottis légers sur des lamelles qui ont été mises dans la cage météorologique. On enlevait, tous les jours 1 ou 2 lamelles sur lesquelles on déposait une goutte d'eau distillée ; on retournait ces lamelles sur des chambres humides de Van Tieghem. Après 24 et 48 heures de séjour des conidies dans la goutte d'eau et à la température de 20 °C on étudiait le pourcentage de germination. L'expérience eut lieu durant les mois d'octobre et novembre.

Le graphique de la figure 7 donne les résultats de l'expérience. Il en découle que le pouvoir germinatif des conidies se conserve au même niveau pendant une quinzaine de jours. Celui-ci se réduit ensuite et se maintient à un niveau inférieur pendant 10 jours environ ; aucune germination ne se réalise après le laps d'un mois.

Ainsi, sous les conditions de l'expérience c.a.d. à la température fluctuant entre 10 et 20 °C et à une humidité relative variant de 40 à 90 %, le pouvoir germinatif des conidies reste invariable pendant 15 jours; ensuite il diminue considérablement entre le 15e et le 30e jour et finalement disparaît au bout d'un mois.

Dans le second cas, des lamelles portant un film de spores très léger étaient exposées au soleil. Dans une première expérience, qui a été effectuée le 9 décembre 1958, les conidies ont été exposées au soleil pendant 15 min., 20 min., 1 h., et 3 h. La température a fluctué entre 4 et 9 °C. Le pouvoir germinatif des spores a été examiné de la manière décrite ci-dessus. L'expérience a montré qu'une exposition des spores pendant une heure n'a eu aucune influence sur leur pou-

voir germinatif. Après une exposition de deux heures les conidies n'ont pas pu germer après 24 heures mais seulement après 48 heures. Les spores exposées pendant trois heures n'ont pas germé même après un séjour de 48 heures dans la goutte d'eau. Une seconde expérience réalisée le 11 décembre 1958 a montré que les conidies ont conservé leur pouvoir germinatif sous le soleil pendant trois heures au maximum. La température au cours de l'exposition a fluctué entre 8 et 16 °C.

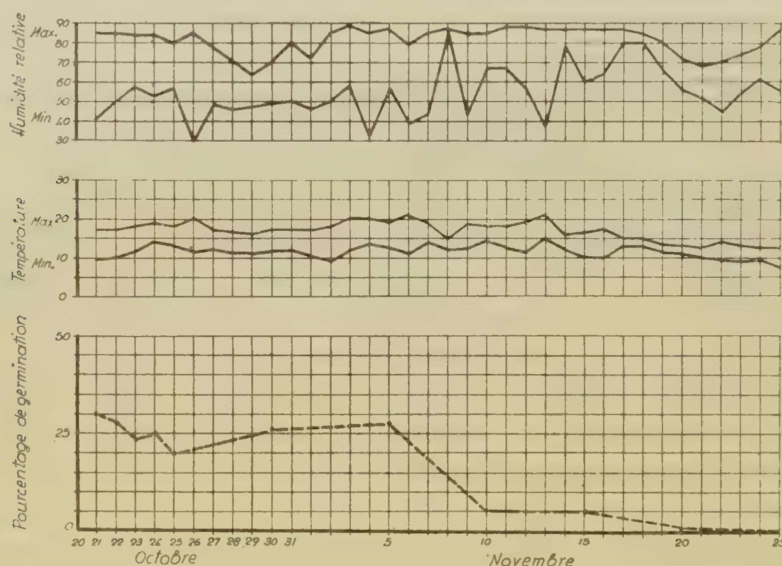


Fig. 7.— Durée du pouvoir germinatif des conidies du *Gloeosporium olivarum* Alm. conservées à l'ombre sous des conditions naturelles de température et d'humidité relative.

De ce qui précède on peut conclure que des spores isolées exposées au soleil perdent leur pouvoir germinatif dans 2 à 3 heures.

RÉSUMÉ

1. Le parasite peut infecter les fruits déjà noirs avec ou sans blessures en présence d'une goutte d'eau ; en plus, des spores déposées sur des olives noires sont capables de germer et d'attaquer celles ci pourvu que les conditions d'humidité relative soient favorables.

2. Les fruits verts opposent une résistance à l'infection. Cette résistance pourrait être attribuée soit à l'existence de substrats nutri-

tifs inconvenables, éventuellement manque de certaines substances, soit à la présence d'une substance inhibitrice.

3. La température la plus favorable pour le développement du champignon est celle de 25 °C. A 20 °C la croissance est à peu près égale à celle obtenue à la température optimum. Le parasite se développe, en général, très bien à toutes les températures comprises entre 10 et 25 °C.

4. La germination des spores peut se réaliser à toutes les températures entre 0 et 30 °C, le pourcentage de la germination étant très élevé aux températures comprises entre 10 et 25 °C.

5. La durée d'incubation de la maladie est, selon le mode de l'inoculation, de 4 à 6 jours à la température de 25 °C, de 5 à 7 jours à la température de 20 °C, de 7 à 10 jours à celle de 15 °C et de 10 à 15 jours à la température de 10 °C.

6. Les conidies peuvent germer dans une atmosphère d'humidité relative fluctuant entre 100 et 92 %. Le pourcentage de la germination est de 10 à 15 % au degré d'humidité le plus haut et diminue considérablement à l'humidité relative de 92 % à laquelle on ne constate que des traces de germination.

7. Le pouvoir germinatif des conidies du *Gloeosporium olivarum* Alm. maintenues à l'ombre, sous des conditions naturelles de température et d'humidité relative, reste invariable pendant 15 jours; il présente une diminution considérable entre le 15e et le 30e jour et se détruit complétement après le laps d'un mois.

Les conidies peuvent supporter une exposition au soleil de 2 à 3 heures sans perdre leur pouvoir germinatif.

BIBLIOGRAPHIE

1. Acosta D.R.J. — Investigaciones fitopatologicas. Min. Indus. Direç. Agron. Publ. Mens. 4 : 1-18, 1931 (R.A.M. 11 : 226, 1932).
2. Almeida M J.V. D'.— La Gaffa des olives en Portugal. Bull. Soc. Mycol. France 15 : 90-94, 1899.
3. Arnaud G. et Arnaud M.— Traité de Pathologie Végétale, 1 : 1594, Paul Lechevalier et Fils, Paris, 1931.
4. Biraghi A. —Variazioni in due ceppi di «Gloeosporium olivarum» Alm. di provenienze diverse. Boll. R. Staz. Pat. Veg., N. S. 14 : 223-253, 1934.
5. Cabral R.V. de G. — Notas sôbre o Gloeosporium olivarum Alm., Agr Lus., 3 : 49-57, 1941.
6. Ciccarone A. — Considerazioni biologiche e sistematiche sull' agente delle

«Lebbra» delle olive, recentemente osservata nel Leccese. Boll. R. Staz. Pat. Veg., serie terza, 5 : 143-165, 1950.

7. Hemmi T. et Kurata S.— Contributions to the knowledge of anthracnoses of plants. II. On Gloeosporium olivarum Alm. causing the olive anthracnose. J. Soc. Trop. Agric. Taiwan, 6 : 573-583, 1935 (R A.M. 14 : 596, 1935).

8. Nagorny P. I. et Eristavi E. M.—A brief survey of plant diseases in Abkhasia in 1928. Publications Agric. Exp. Stat. of Abkhasia 38, 1929 (R.A.M. 9 : 226-227, 1930).

9. Pontis R. E. et Hansen H. N.— Olive Anthracnose in the United States. Phytopath. 32 : 642-644, 1942.

10. Riker R. J. et Riker R. S.— Introduction to research of Plant Diseases. 78-79. 1936.

11. Saponaro A.— Presenza di Gloeosporium olivarum Alm. sugli organi vegetativi dell'olivo nel Leccese e nel Brindisino. Ann. Sper. Agr., N.S. 7 : 609-619, 1953.

12. Saracomenos D. S. (ΣΑΡΑΚΩΜΕΝΟΣ Δ.Σ.). — L'olivier grec. Tome premier, Partie A, pp. 290-293, 1920. (Ἡ Ἑλληνικὴ Ἐλαία. Τόμος πρῶτος, Μέρος Α., σελ. 290-293, 1920).

13. Sarejanni J. A.— Liste I des maladies des plantes cultivées et autres de la Grèce. Ann. Inst. Phytopath. Benaki, 1 : 13-20, 1935.

14. Sarejanni J. A. — Catalogue commenté des champignons rencontrés sur les plantes cultivées en Grèce. Ann. Inst. Phytopath. Benaki 3 : 41-66. 1939.

15. Sarejanni J. A., Démétriadès S. D., Zachos D. G. et Papaïoannou A. J.— Rapport sommaire sur les principales maladies des plantes cultivées observées en Grèce au cours de l'année 1953. Ann. Inst. Phytopath. Benaki, 8 : 77-83, 1954.

16. Viennot - Bourgin G. Les champignons parasites des plantes cultivées, 2 : 1361-1362, 1949, Masson et Cie , Paris.

Imprimerie HESTIA